Vol. XII. No. 11. November 1936

植物研究雜誌

THE JOURNAL OF JAPANESE BOTANY

第十二卷 第十一號 (通卷第百二十三號) 昭和十一年十一月發行

Morphologisch-biologische Studien über die Gattung *Mitrastemon* (III)

von

KIYOHIKO WATANABE

渡邊清彥: やつこさう屬ノ形態學的並ニ生態學的研究 (其三)

VI. Entwicklung der Blüte.

M. Yamamotoi blüht im Herbst auf, aber die Blütenanlagen kommen in Ōsumi im April desselben Jahre noch nicht zum Vorschein. Aber Anfang Juni kommen auf der Oberseite der horizontalen Wirtswurzel, an einer Stelle von etwa 1 cm Dicke, runde Höcker von 3–5 mm Durchmesser in einer Längsreihe hervor (Fig. 12). In diesem Höcker ist je eine Anlage der diesjährigen Blüte zu finden.

Der Querschnitt an dieser Stelle zeigt, dass einige sekundäre wagerechte Fäden in der Rinde sich reichlich verdicken, und miteinander zu einer vollkommen einheitlichen Masse, dem sekundären oder echten Floralpolster, verschmelzen(Fig. 20,e). Dann entsteht, in der Nähe der oberen Peripherie dieser Masse, der Vegetationspunkt der Blütenknospe (Fig. 20, BCDE d), wie es bei der Mehrzahl der übrigen Rafflesiaceen der Fall ist. Durch die Tätigkeit dieses Vegetationspunktes entsteht schon Anfang August die Anlage aller Blütenorgane und der Blätter. Die Wirtsrinde über dieser Blütenknospe wird nicht nur durch den Druck der wachsenden Knospe passiv gewölbt, sondern sie verhält sich dabei etwas aktiv, denn dieser Teil verjüngt sich und wird durch den Chlorophyll-Gehalt ziemlich grün. So erreicht Mitte August dieser die Knospe umkleidende Hügel 8 mm Durchmesser, 6 mm Höhe. Dann bricht die Wirtsrinde über dieser Blütenknospe, und diese tritt zutage (Fig. 20. F). Der gebrochene Teil der Wirtsrinde wird zum Calyculus mit besonders reichen Lentizellen, und bleibt um die Basis der Blüte weiter erhalten.

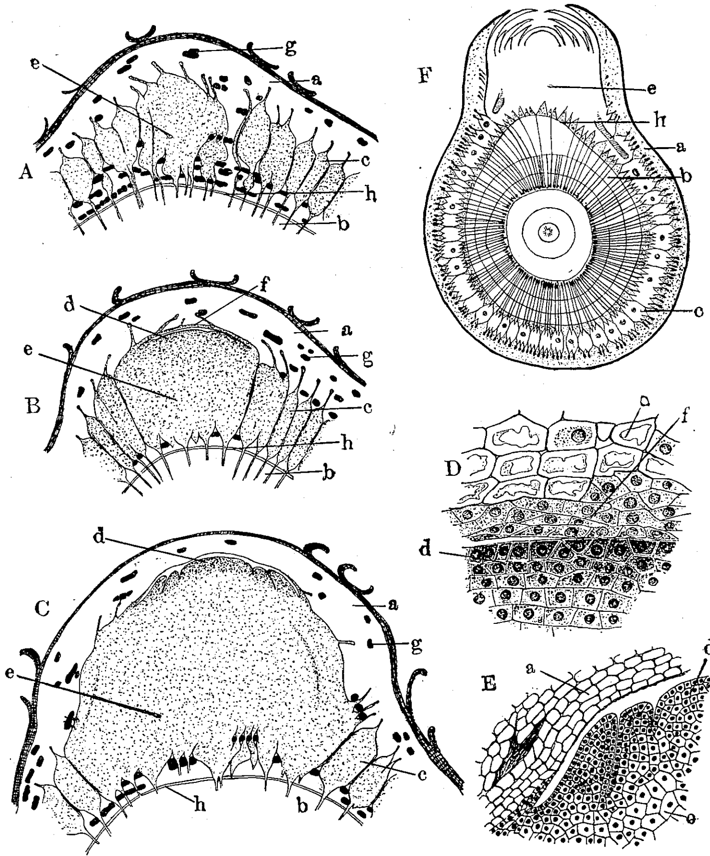


Fig. 20. Querschnitte des Wirtes an den Stellen, wo sich die Knospen von *M. Yamamotoi* entwickeln. A wagerechte Fäden von *Mitrastemon* fingen an, sich zu vereinigen, um das sekundäre Floralpolster zu bilden (Stad. 2. Juni), BD Vegetationspunkt entsteht endogen (Stad. 30. Juni), CE Vegetationspunkt wird schon nackt (Stad. 30. Juni), F Calyculus über die Knospe schon gebrochen (Stad. 2. Aug.). a Rinde, b Holz, c sekundäre wagerechte Fäden von *Mitrastemon*, d vegetationspunkt der Knospe von *Mitrastemon*, e sekundäres Floralpolster, f *Mitrastemon*-Zellen welche den Vegetationspunkt überdecken, g Bastfasergruppe von Wirt, h Kambium des Wirtes.

(ABC×9, D×135, E×32, F×7/2)

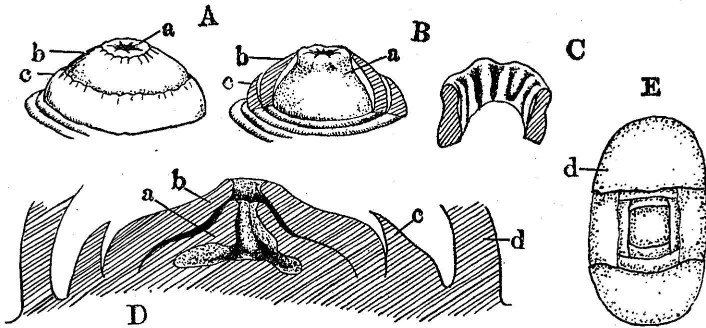


Fig. 21. Junge Blüte von *M. Yamamotoi*. A Ganzbild, B Andröceum und Perigon halb entfernt, C Gynäceum längs geöffnet, D Medianschnitt von Blüte, welche etwas vorgeschrittener als AB, E Flächenansicht von Blütenknospe kurz vor der Entstehung der Blütenorgane. a Gynäceum, b Andröceum, c Perigon, d Schuppenblatt. (A–D Stad. 2. Aug., E Stad. 29. Juni). (A–C×17, D×35, E×20)

Schält man gegen den 30. Juni die Wirtsrinde über der Knospenanlage, so erscheint diese, von oben gesehen, elliptisch, und die Längsaxe der Ellipse kreuzt die der Wirtswurzel im Winkel von 90° (Fig. 21, E).

Die Blattanlagen entstehen kreuzungsweise gegenständig, und zwar das erste Paar auf der Längsaxe der elliptischen Knospenanlage, so dass dieses erste Blattpaar sich quer zu der Längsaxe der Wirtswurzel richtet.

Das Perigonrohr tritt in seltenen Fällen in der Form vier getrennter Blätter auf, wie ich früher erwähnte. Gewöhnlich entwickelt es sich aber, selbst so früh wie am 2. August, schon als ein vollkommener Kragen (Fig. 21, c). Der vierblättrige Ursprung desselben ist nicht zu bezweifeln.

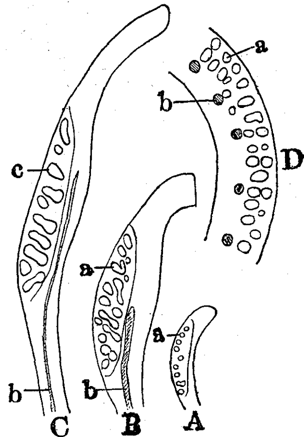


Fig. 22. Entwicklung des Andröceums von *M. Yamamotoi*. ABC Längsschnitte von Andröceumrohr (linke Hälfte), D Querschnitt desselben, (A Stad. 24. Aug., BD Stad. 11. Sept., C Stad. 14. Okt.) a Archesporium, b Tracheidenstrang, c Pollensack. (×10)

Andröceum erscheint, schon Anfang August, alr kegelförmiger Kragen um das Gynä-

ceum, und es lässt sich dann schwer erkennen, aus wie vielen Staubblättern es zusammengesetzt ist (Fig. 21, b). Ende August entwickeln sich an der äusseren, gürtelförmigen Region auf der Mittelhöhe dieses Andröceumrohrs, wohl aus der subepidermalen Schicht, die Archesporien (Fig. 22, Fig. 23). Diese Archesporien ordnen sich in 60–80 Längsreihen, in jeder Reihe ordnen sich wiederum etwa 10 Archesporien übereinander. Auf dem Querschnitt des Andröceumrohrs ordnen sich diese Längsreihen in einem einschichtigen Ringe. Mitte September spaltet sich oft dieses mehrzellige Archesporium quer in zwei Teile: ein äusseres und ein inneres (Fig. 24). Die benachbarten Archesporien sind durch 3–4 schichtige Zellen getrennt, und diese Zellen sowie die von den Archesporien nach aussen liegenden Zellen sind mit gerbstoffähnlich reagierender Substanz dicht erfüllt (Fig. 24, b). Die Reduktionsteilung der Pollenmutterzellen findet ungefähr um 10. Oktober in Osumi statt. Ein Pollensack, der aus einem Archesporium herstammt, besitzt um die Pollengruppe eine Schicht von Tapetenzellen. Jede Tapetenzelle trägt zwei Kerne, welche oft einander dicht anliegen (Fig. 24, DE e).

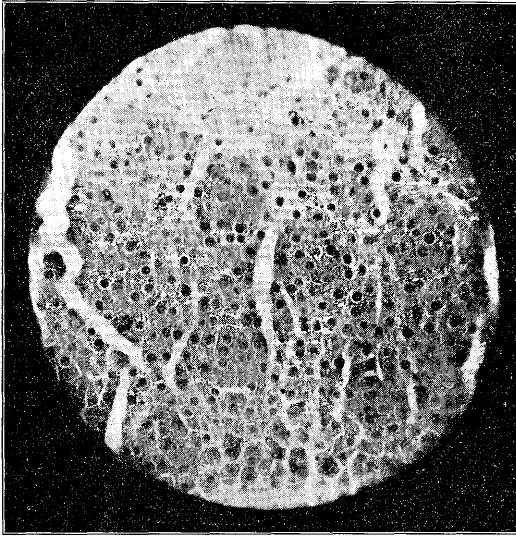


Fig. 23. Tangentialer Längsschnitt des Andröceumrohrs, an dem die Archesporien sich in der Längsreihe ordnen. (×150)

Von der Tapetenschicht nach aussen liegen drei oder vier Zellschichten, aber diese Schichten zeigen keine Differenzierung ausser der Epidermis, die etwas dünner ist.

Vor der Entfaltung der Blüte vereinigen sich die Inhalte der benachbarten äusseren und inneren Pollensäcke miteinander. So treten in einer Blüte zahlreiche, etwa 500–800 (berechnet etwa 640 d. i. 10 Zeilen × 64 Reihen) Pollen-

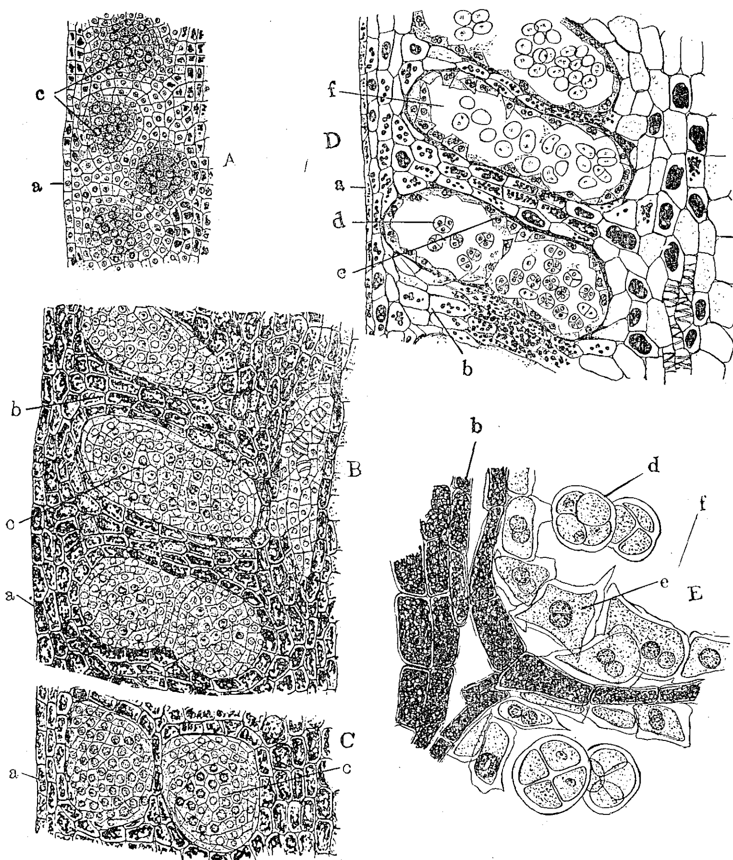


Fig. 24. Aufeinander folgende Stadien der Pollensackentwicklung von *M. Yamamotoi.* Mediane Längsschnitte des Andröceumrohrs. A Stad. 24. Aug., BC Stad. 11. Sept., DE Stad. 14. Okt. a Epidermis, b Grundgewebe, c Archesporium, d Pollen, e Tapetenzelle, f Pollensack. (A×100, BCD×75. E×300)

säcke einschichtig auf dem Antherengürtel hervor. Durch Verschleimung der Zellen und der Zellwände um die Pollensäcke, mitunter auch der Epidermis, bilden alle Pollen in einem Pollensack zusammen ein Pollinium, und dieses verschmilzt wieder mit anderen zu ganz schleimiger Masse.

Das Andröceumrohr hat etwa 15–20 Tracheidenstränge und etwa 64 Archesporiumreihen. Weil etwa je 4 Archesporiumreihen einem Tracheidenstrang

zugehörig scheinen, kann man auch annehmen, dass dieses Andröceumrohr aus 15–20 (berechnet 16) extrorsen Staubblättern besteht, welche ursprünglich je 4 Pollensäcke und einen Konnektiv-Fortsatz hatten, wie es jetzt bei einigen anderen Rafflesiaceen, nämlich *Bdallophyton bambusarum, Cytinus Hypocistis, C. Baroni* u. s. w. auch der Fall ist (siehe Kapitel XVIII). Wahrscheinlich traten dabei in jedem Archesporium des Vorfahren sterile Gewebeplatten in Korrelation mit der Pollinienbildung, um das Archesporium in einer Zeile von mehreren kleinen Archesporien zu trennen. Diese Scheidewandbildung in dem ursprünglichen Pollensack ist bei anderen Pflanzen mit Pollinien nicht selten(nach GOEBEL 1933). Eine Anthere von *Rafflesia* teilt sich auch in mehrere Pollensäcke (nach R. BROWN 1821).

Das Gynäceum erscheint, Anfang August, als kegelförmiges Rohr, dessen elliptischer Mund noch offen ist (Fig. 21, ABD). An dem inneren Rand des Mundes sieht man 8–12 Falten, deren Fortsetzungen auf der Innenwand der Fruchtknoten ebenso viele Längswulste, d.i. Placenten bilden (Fig. 21, CD). Der Mund dieses Fruchknotens schliesst sich schon Ende August. Die Grenzlinie zwischen dem Fruchttknoten und Griffel ist am 5. Oktober schon deutlich, aber die zwischen Griffel und Narbe noch nicht. Zur Blütezeit wird das Ende der Narbe ungleich zweilappig, wie schon MAKINO(1911)berichtet hatte. Nähere Beobachtung lehrt uns, dass dieser Endteil der Narbe, von oben gesehen, elliptisch ist, und dass die Spalte zwischen zwei ungleichen Lappen nichts anders als der geschlossene Mund der Gynäceumanlage ist. Um die Spalte vermögen wir kleine Falten zu finden wie bei der Gynäceumanlage. Dadurch gelangen wir zu dem Schluss, dass der grössere Lappen eine vergrösserte Falte an dem Mund der Gynäceumanlage ist.

Obgleich Anfang August das obere Ende des Gynäceums aus dem Andrö ceumrohr noch etwas vorragte (Fig. 21, AB), verlängert sich das Andröceumrohrbald weiter, und bedeckt schliesslich das Gynäceum vollständig (Fig. 21. D), mit Ausnahme derjenigen grossporigen Form, welche später erörtert wird (siehe Kapitel IX).

Bis zu der Entfaltung bleibt die Blüte gänzlich von dem obersten Blattpaar umkleidet.

Gelegentlich entsteht die Blüte seitlich, sogar an der Unterseite der Wirts-

wurzel, aber infolge negativen Geotropismus krümmt sich die Blüte stets nach oben.

Bei *M. Kawa-Sasakii* spriessen die Blüten gelegentlich zweireihig an einem Wurzelstück.

Bei *M. Yamamotoi* entwickelt sich die Holzschicht dieses Jahres unter dem sekundären Floralpolster besonders dick, so dass die senkrechten Fäden in dieser Holzschicht oft abbrechen, vielleicht weil die Fäden mit dem schnellen Dickenwachstum des Holzes nicht Schritt halten konnten(Fig. 20, F). Dieser Abschnitt der senkrechten (radialen) Fäden durch das rege Wachstum des Holzes wurde auch bei *Rhizanthes* beobachtet (nach CARTELLIERI 1925).

VII. **Entwicklung der Samenanlage.**

Während am 24. August die Fruchtknotenhöhle durch das schmale Loch am Gynäceumscheitel noch mit der Aussenwelt in Verbindung steht und die Flächen der plattenförmigen Placenten noch glatt sind, treten am 11. September auf denselben stellenweise einzellige Erhebungen auf (Fig. 25, B). Aus jeder Erhebung entsteht schliesslich je eine Samenanlage.

In dieser Zeit (11. September) gehen oft einige Zellen der Placentenflächen zugrunde und liegen deren Reste in den schmalen Räumen zwischen den benachbarten Placenten (Fig. 25, A). Bei der Doppelfärbung mittels Safranin-Lichtgrün färben sich die Kerne und das Cytoplasma dieser degenerierenden Zellen stark rot, die benachbarten gesunden Zellen hingegen grün. Diese Tatsache täuscht uns, als ob die Fruchtknotenhöhle von *Mitrastemon* auch schizogen oder lysigen entstanden sei, wie SOLMS-LAUBACH (1876) bei *Rhizanthes* ZIPPELII, HUNZIKER (1920) bei *Rafflesia Patma* berichtet hatte. Nach LUTZ (1899) verschleimen auch einige Teile des Fruchtknotens von *Cytinus Hypocistis*.

Die Entwicklung der Samenanlagen ist ganz normal in einigen frühen Stufen (Fig. 25, B–F). Aus jener der oben erwähnten einzelligen Erhebungen kommt ein halbkugeliger Höcker, der aus einer Schicht von Oberflächenzellen und einer axialen Reihe von einigen subepidermalen Zellen besteht(Fig. 25, F). Gegen den 7. Oktober schreitet die Samenanlage schon zu der Form eines gestielten Kolbens, aus dessen verdicktem Endteile seitlich sich ein halb-

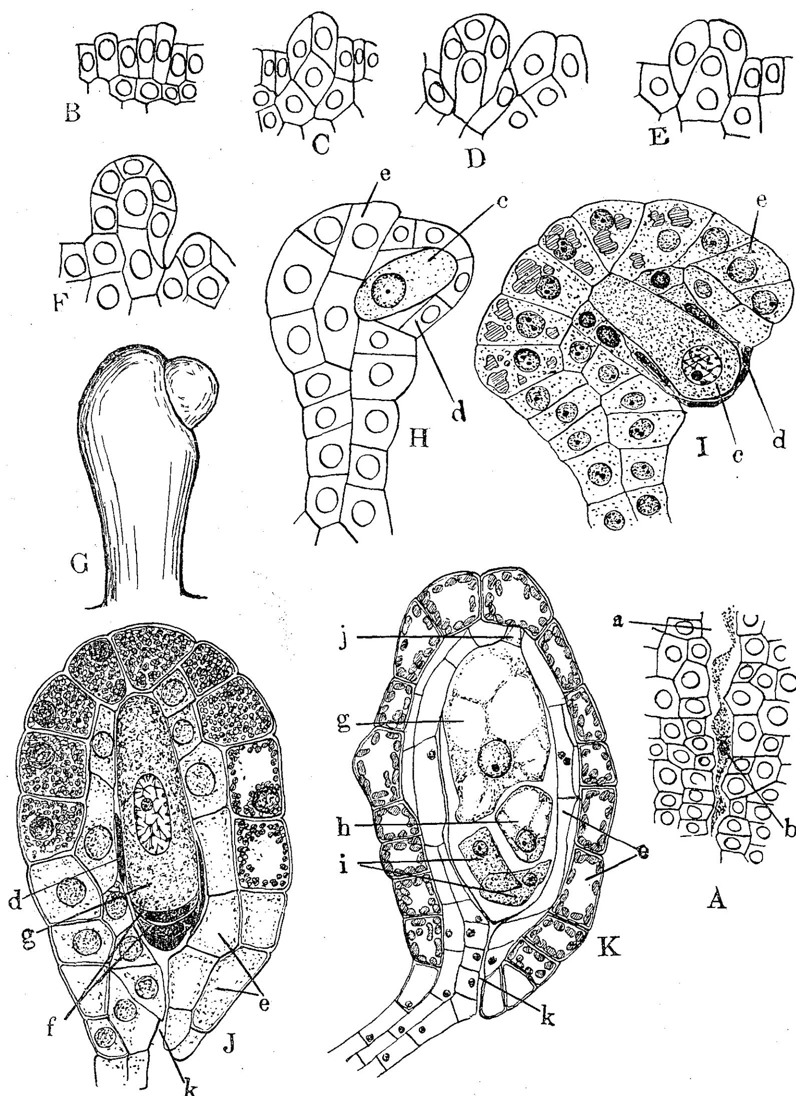


Fig. 25. Entwicklung der Samenanlagen von *M Yamamotoi.* A zwei benachbarte Placenten und dazwischen die Fruchtknotenhöhle, wo einige Placentenzellen zugrunde gehen, B–K aufeinander folgende Stadien der Entwicklung der Samenanlagen. Alles sind Medianschnitte ausser G, welches die äussere Gestalt von Stadium H zeigt. (A–F Stad. 11. Sept., GHI Stad. 7. Okt., J Stad. 27. Okt., K Stad. 10. Nov. und stellt die vervollkommnete Samenanlage dar). a Fruchtknotenhöhle, b zugrundgegangene Zelle, c Embryosackmutterzelle, d Nucellus, e Integument, f Schwesterzellen von Makrospore, g Embryosack, h Eizelle, i Synergiden, J Antipoden, k Mikropyle. (×300)

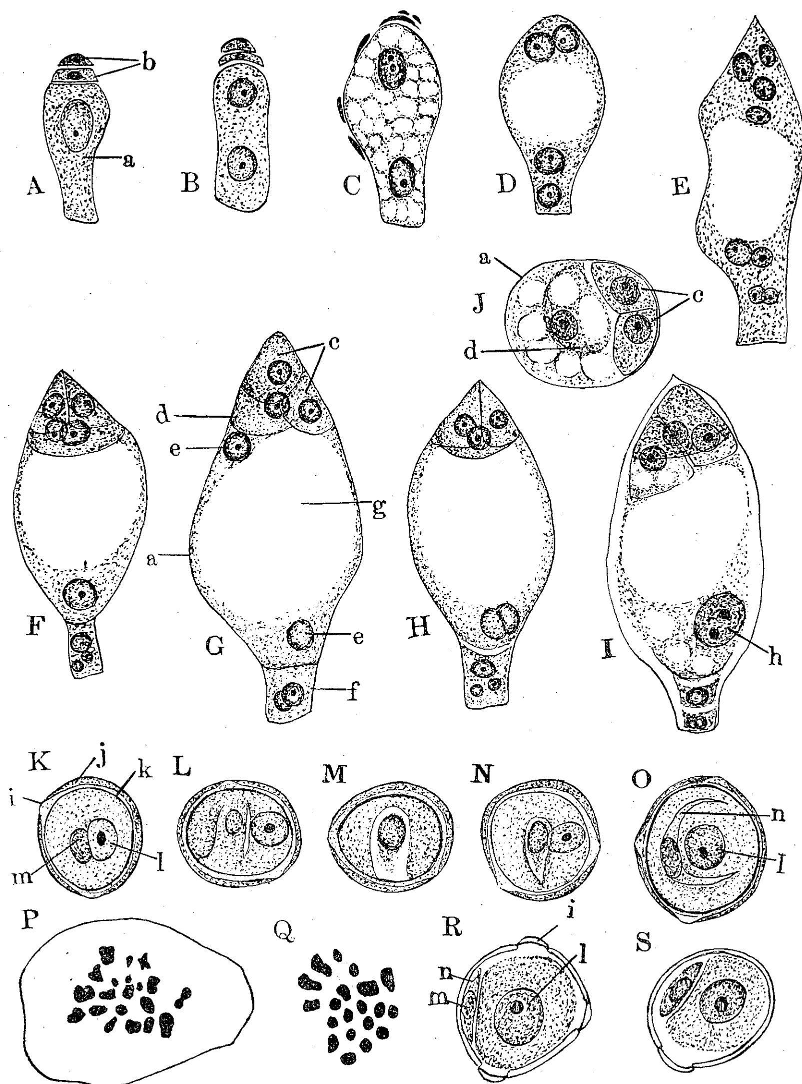


Fig. 26. A–J Entwicklung der Embryosäcke von *M. Yamamotoi*: A–I aufeinander folgende Stadien in Medianschnitten, J Querschnitt des mikropylaren Teils vom vervollkommneten Embryosack. K–O Entwicklung der generativen Zelle in Pollen von *M. Yamamotoi*. P haploide Chromosomen in Polansicht bei Reduktionsteilung der Makrosporenbildung von *M. Kawa-Sasakii*. Q dieselben bei Reduktionsteilung der Mikrosporenbildung von *M. Yamamotoi*. RS Pollen von *M. Kawa-Sasakii*. a Embryosack, b Schwesterzellen von Makrospore, c Synergiden, d Eizelle, e Polkerne, f Antipoden, g Vakuole, h sekundärer Embryosackkern, i Austrittspore für Pollenschlauch, j Exine, k Intine, l Pollenschlauchkern, m generativer Kern, n generative Zelle. (A–I × 300; K–O, RS × 800; PQ × 1000).

kugeliger Höcker hervor wölbt (Fig. 25, GH). Dieser seitlich gewölbte Höcker entspricht dem nackten Nucellus, welcher aus einer Schicht von Oberflächenzellen und der davon umhüllten grossen Embryosackmutterzelle besteht. Die wulstförmige Verdickung (Fig. 25, HI e) um die Basis dieses gewölbten Nucellus ist die Anlage des Integumentes. Das Integument wächst vorwärts und umschliesst den Nucellus vollständig, dann aber degenerieren alle Nucelluszellen, ausgenommen die Embryosackmutterzelle, so dass nur eine nackte Embryosackmutterzelle von dem Integument umhüllt bleibt (Fig. 25. I J). Gleichzeitig wird die Samenanlage anatrop mit schmaler Mikropyle.

Die lang-elliptische Embryosackmutterzelle führt die Reduktionsteilung etwa am 20. Oktober (an Kōyama) durch und bildet sogenannte T-förmige Tetraden, von denen die beiden mikropylaren nebeneinander, die beiden chalazalen übereinander liegen (Fig. 25, J ; Fig. 26, AB) ; zwischen den mikropylaren aber fehlt die Scheidewand, sodass sie eine unvollkommene Tetrade darstellt, wie es bei *Rafflesia* auch der Fall ist (nach ERNST und SCHMID 1909, 1913). Davon wird die am tiefsten stehende Zelle zum Embryosack. MATSUURA (1933) konnte 20 Chromosomen (in Haploide) bei der Reduktionsteilung der Embryosackmutterzelle zählen, und ich konnte dies auch durch eigene Untersuchung bestätigen. Zu dieser Zeit (20. Oktober) kann man die zugrundgegangenen Nucelluszellen noch als schwarze (in gefärbtem Präparat) Klümpchen um den Embryosack wahrnehmen (Fig. 25, Jd ; Fig. 26, C).

Anfang November, in der Blütezeit, sieht man in der vervollkommneten Samenanlage eine äussere, mit Tröpfchen gerbstoffähnlich reagierendens Stoffes dicht erfüllte Zellschicht und eine innere inhaltsarme um den Embryosack (Fig. 25, K). Aber diese zwei Schichten gehören zu demselben Integument : diese innere Zellschicht des Integuments war von Hayata als Nucellus angesehen, und ich war auch der Meinung in meiner früheren Abhandlung (1933 a) über die *Mitrastemon*-Samen, weil damals die Entwicklung dieser Samenanlage mir noch nicht bekannt war. In der vervollkommneten Samenanlage vermag man vom Nucellusgewebe keine Spur wahrzunehmen.

Die Entwicklung des Embryosackes ist auch ganz normal, wie an Fig. 28 ersichtlich ist. Der Embryosack hat zwei Synergiden, eine Eizelle, zwei oder drei Antipoden und zwei Polkerne, welche bald miteinander verschmelzen. In

der Mitte des Embryosackes entsteht eine grosse Vakuole. In der chalazalen Region kommt der Embryosack bez. eine Antipode unmittelbar mit der äusseren Schicht des Integuments in Berührung. Die volle Reife erlangende Samenanlage ist elliptisch an Form, und misst 0.28 mm. Länge, 0.19 mm. Breite.

Auch bei *M. Kawa-Sasakii* konnte ich die Entwicklung der Samenanlage verfolgen, aber der Unterschied zwischen dieser Art und *M. Yamamotoi* zeigt sich weder in Bezug auf die Tetradenbildung noch auf die Chromosomenzahl; die Reduktionsteilung der Embryosackmutterzelle findet bei *M. Kawa-Sasakii* um Ende Dezember in Formosa statt. Ich konnte dabei auch 20 Chromosomen (in Haploide) zählen (Fig. 26, P)

VIII. **Pollen.**

In dem Schleim eingebettete Pollenmassen (Pollinien) von *M. Yamamotoi* sind anfangs weisslich gelb, aber nach dem Abwurf des Andröceumrohrs wird ihre Farbe bald tief gelb. Jeder Pollen hat 20 μ Durchmesser und besitzt zwei Membranschichten, eine dicke äussere und eine dünne innere. Für den Austritt des Pollenschlauches bestehen drei oder vier Punkte (Austrittsporen), wo anstatt der verdünnten Exine die Intine in gleichem Masse verdickt ist (Fig. 26, K-0 ; Fig. 29, AB). Im vollgebildeten Pollen finden wir zwei Kerne: einen grösseren Pollenschlauchkern mit einem auffallend grossen Kernkörperchen und einen kleineren generativen Kern. Bewahrt man die Pollen etwa 7 Tage in der Feuchtkammer auf, so entwickelt sich um den generativen Kern eine sichelförmige Zelle wie Fig. 26, On. Bei *M. Kawa-Sasakii* konnte ich dagegen diese generative Zelle schon in dem Knospenzustand, am 27. Dezember, finden (Fig. 26, RS).

IX. **Bestäubung.**

Wie ich schon in einer früheren Mitteilung (1934 f) kurz dargelegt habe, fand ich bei Kōyama in der Provinz Ōsumi zwei Infektionssysteme, deren Blüten mit besonders grossen Poren an dem Scheitel der Andröceumröhre versehen sind (Fig. 3, F; Fig. 27). Diese Poren haben 2–2.5 mm Durchmesser, während bei den gewöhnlichen Infektionstypen diese Poren nur 0.5–0.3 mm. Durchmesser haben. Bei dieser grossporigen Form stopft das gleich zwei-

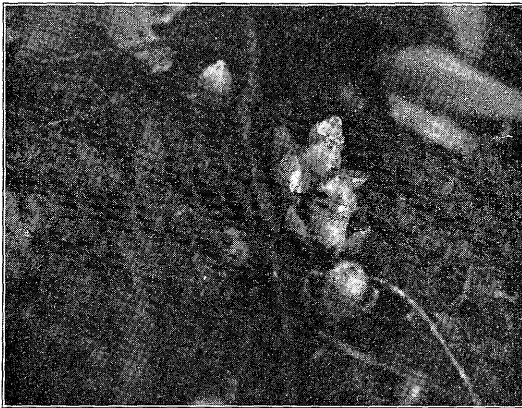


Fig. 27. Grossporige Form von *M. Yamamotoi.*

lappige Narbenende die Pore des Andröceumrohres bis kurz vor der Entfaltung der Blüte zu. Da die damals die Blüte umhülllenden obersten zwei Blätter schon an den Blattenden etwas voneinander weichen, wird die Narbe auf dieser Stelle für den Pollen empfangsfähig (Fig. 3, IJ). Obgleich bei dieser Form der Abwurf des Andröceumrohrs wie gewöhnlich stattfindet, ist die Narbe dann nicht mehr für den Pollen empfangsfähig, denn diese Narbe ist bereits verpilzt oder ver bräunt. Im Bezug auf die Bestäubungsweise und den Bau des Andröceumrohres steht diese Form den vermutlichen Vorfahren von *Mitrastemon* nahe.

Was die gewöhnliche Blüte betrifft, so kann die Narbe keine Pollen empfangen, solange das Andröceumrohr über dem Gynäceum stehen bleibt, weil die Pore an dem Scheitel des Andröceumrohres nur 0.5 mm. Durchmesser hat, und weil dazu noch der Abstand zwischen der Pore und der ungleich zweilappigen Narbe etwa 5 mm beträgt (Fig. 3, DE). Einige Tage nach der vollkommenen Entfaltung der Blüte wird das Andröceumrohr abgeworfen, weil der Fruchtknoten, obwohl noch nicht befruchtet, sich verdickt und das Andröceumrohr abstösst. Diese Verdickung des Fruchtknotens kann man leicht verstehen, indem das Andröceumrohr, welches anfangs mit keinem Spalt versehen war, kurz vor dem Abstoss stets eine ziemlich weite Längsspalte an der Basis bemerken lässt (Fig. 3, AG). Diese Spalt ist das, was durch die Verdickung des Fruchtknotens das Andröceumrohr passiv erlitten hat. Das abgehaubte Gynäceum wird für die Pollen empfangsfähig.

Obwohl verschiedene Fliegen und Hymenopteren (z. B. *Vespa madarinia* SMITH, *Vespa ducalis* SMITH) die *Mitrastemon*-Blüten aufsuchen und zur Bestäubung beitragen, indem sie über die Narben und Andröceumröhre herum-

kriechen, so scheint doch wenigstens in Kiushū ein kleiner Vogel, *Zosterops palpebrosa* als Bestäuber eine nicht geringe Rolle zu spielen. Dieser Vogel sucht gierig nach dem Honig, der sich an den Blattbasen der obersten zwei Blattpaare in Fülle ansammelt. Der Besuch von *Zosterops* dürfte den Bewohnern einiger *Mitrastemon*-Fundorte von alters her bekannt sein, denn in den Provinzen Satsuma und Ōsumi wird *Mitrastemon* „Hanashin-Chichi" d.i. Blumensaugers-Zitze benannt; Zosterops ist ein berühmter honigsuchender Vogel und sucht gern die Blüten von *Camellia* u.s.w. auf.

Um die Art und Weise der Honigsaugung durch den wilden *Zosterops* zu beobachten, setzte ich an Kōyama am 29. und 30. November 1932 eine vorher gezähmte männliche *Zosterops* samt dem Käfig in die Nähe einer *Mitrastemon*-Gruppe, und versteckte mich in einer Entfernung von 5 Meter. Dank der bekannten Gewohnheit, dass einem singenden *Zosterops* anderen sich gern zugesellen, konnte ich leicht innerhalb 10 Minuten einen wilden *Zosterops* an die *Mitrastemon*-Blüten anlocken. Dann fand er den Honig von *Mitrastemon* und sog ihn gierig. Steht *Zosterops* bei der *Mitrastemon*-Blüte, so reicht die Narbe oder das Andröceumrohr kaum zu der Brusthöhne dieses Vogels, weil gewöhnlich erwa nur die obere Hälfte des extramatricalen Teils über die Anhäufung von abgefallenem Laube hervorragt. Also kommt bei dem Saug-Akt die *Zosterops*-Stirn oft mit dem Andröceumrohr oder der Narbe in Berührung. Diesen Akt konnte ich noch bei dem gezähmten *Zosterops* wiederholt beobachten, indem ich einen sohlenlosen Käfig über die *Mitrastemon*-Gruppe setzte und darin jenen *Zosterops* einbrachte; diesen Akt kann man durch die Photographie, Fig. 28, verstehen.

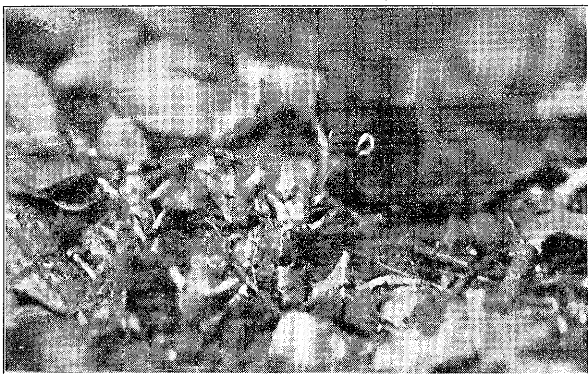


Fig. 28. *Zosterops palpebrosa* in Akt der Absaugung von *Mitrastemon*-Honig.

Ungeachtet dieser Besucher findet doch in der Natur die Bestäubung noch

sehr selten statt, was durch geringe Funde von Pollen oder Pollenschläuchen bei mikroskopischer Untersuchung der Narbe, wie auch durch die niedrige Prozentzahl der zur Reife gelangenden Früchte verständlich ist. So musste ich zur künstlichen Bestäubung meine Zuflucht nehmen, um den Befruchtungsakt von *Mitrastemon* wahrzunehmen.

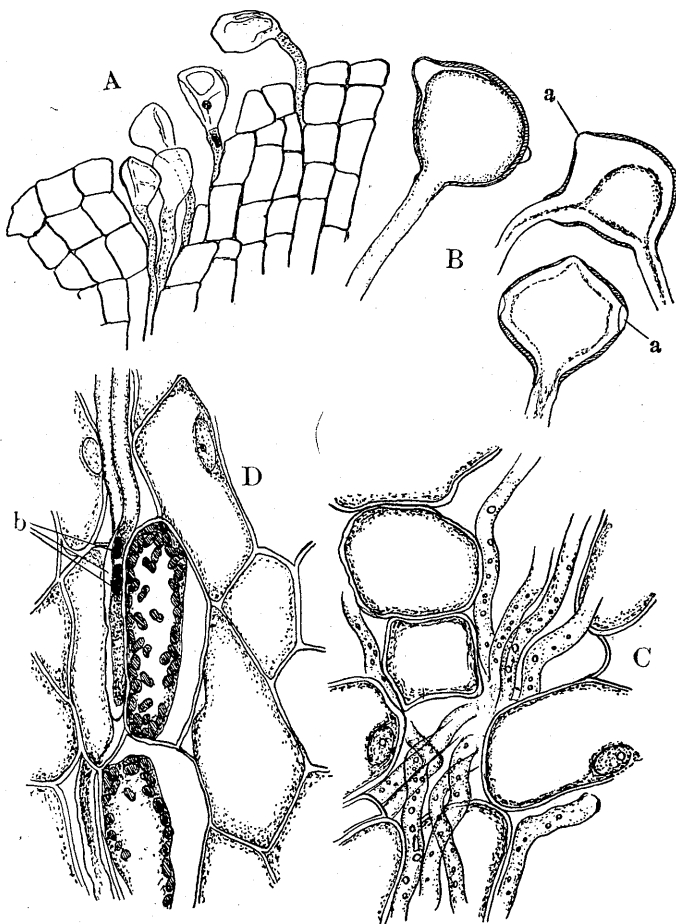


Fig. 29. Pollenschläuche von *M. Yamamotoi*: A Keimung der Pollen auf der Narbe, B ausgekeimte Pollen, CD durch das Griffelgewebe verlaufende Pollenschläuche. a Austrittspore für Pollenschlauch, b Kerne in Pollenschlauch. (A×350, BCD×600)

Am 13. November 1933 wählte ich aus einer Blütengruppe 14 möglichst neu abgehutete Blüten, bestäubte sie künstlich, fixierte (in BOUINScher Flüssigkeit) davon 5 Exemplare am 18. November, und konnte sehr gut die Keimung der Pollen an jeder Narbe wahrnehmen (Fig. 29). Jedoch gelangten dabei die Pollen schläuche noch nicht bis zu den Samenanlagen. Aus dieser künstlich bestäubten Gruppe fixierte ich 5 Fruchtknoten am 14. Dezember und fand die Embryo- und Endospermbildnng im Gange. Auch bei dem, am 9. November 1934 künstlich bestäubten und dann am 23. derselben Monat fixierten Material konnte ich gerade den Befruchtungsakt wahrnehmen. Daher ist es sicher, dass in Süd-Kiushū (in November) zwischen Bestäubung und Befruchtung etwa 14 Tage benötigt werden.

Der Schleim der Pollinien ist unlöslich in Wasser und Alkohol, aber löslich in Petrolëum, Xylol u.s.w., so dass die Pollinien, ungeachtet der häufigen Regengüsse dieses Regenwaldes aus den aufgerichteten Narben nicht abgewaschen werden. Diesen ähnliche schleimige Pollen sind auch an *Rafflesia* (nach ERNST und SCHMID 1913), *Sapria* (nach GRIFFIH 1845) und *Rhizanthes* (nach BLUME 1828, HEINRICHER 1906) zu finden. Diese Pollinien stellen ausser Anhaftung zu Insektenfüssen auch eine Anpassung an die Regengüsse dar.

種子ノ裸出スルゆり目ノ植物

中井猛之進

T. NAKAI : Liliaceous Plants with Exposed Seeds.

ゆり目 *Liliales* ニ屬スルモノデ卵細胞ガ受精後ニ子房ハ其儘發達シナイ爲メ卵子ハ成育ト共ニ子房壁ヲ破ツテ露出シテ成熟シ漿果樣ノ種子ヲ作ルモノガアル。普通ニヨク知レテ居ルじやのひげ屬 *Ophiopogon* KER (*Mondo* ADANSON) (Fig. 1, 2 參照)、やぶらん屬 *Liriope* LOUREIRO ト臺灣ニアルしまはらん屬 *Peliosanthes* ANDREWS (Fig. 3 4, 參照) ト溫室植物デアルちとせらん屬 *Sansevieria* THUNBERG トノ 4 屬約 100 種許リノ植物デアル。此種子ガ露出シテ成熟スル



Taf. I. Habitus von *Mitrastemon Yamamotoi*. (×5/6)



Taf. II. *Mitrastemon Yamamotoi*. A: Auf der Wirtswurzel (*Shiia Sieboldii*) sitzend, B: Frucht, C: Reste von entleerter Frucht, D: Reste von steril gewordener Blüte. (×2/3)

K. Watanabe, del.



Taf. III. *Mitrastemon Kawa-Sasakii.* A: Auf der Wirtswurzel (*Lithocarpus Kawakamii*) sitzende Blüten, B: abgebutete Blüte, C: Andröceumrohr. (×2/3)

K. Watanabe, del.